Journal of Horticultural Science
https:// jhs.um.ac.ir

Research Article
Vol. 36, No. 3, Fall 2022, p. 563-576

The Effect of Potassium Foliar Application on Cucumber Plants of ‘Miran’ Cultivar under Drought Stress

M. Sajedimehr[1*], M. Haghighi[2], M. Mehnatkesh[3]

Received: 05-01-2021
Revised: 31-01-2021
Accepted: 05-06-2021
Available Online: 25-11-2022

How to cite this article:
Sajedimehr, M., Haghighi, M., & Mehnatkesh, M. (2022). The Effect of Potassium Foliar Application on Cucumber Plants of ‘Miran’ Cultivar under Drought Stress. *Journal of Horticultural Science 36*(3): 563-576. (In Persian with English abstract)
DOI: 10.22067/jhs.2021.67249.0

Introduction

Drought stress is one of the most important factors limiting plant growth and production and leads to a reduction of more than 50% in the average production of most crops worldwide. Drought stress due to increased soil osmotic potential, especially in greenhouses where fertilizer consumption is high, is one of the greenhouse crop problems.

Material and Methods

In the present study, two concentrations of polyethylene glycol at three levels of 0 (D1), -1.48 (D2), 4-91 (D3 ds/m to create different levels of drought stress due to osmotic changes in culture medium and application of KCl two levels (0 (K1) and 6 (K2) mmol / l) was used to reduce the possible effects. The experiment was performed as a factorial experiment in a completely randomized design with three replications. To apply drought stress, pot water was measured using a tensiometer, and when the drought reached below the field capacity (FC), irrigation with different concentrations of PEG and once a week spraying with KCl at the desired concentrations was done. Cucumber seeds were planted directly in 5 kg plastic pots containing a mixture of potting soil, including soil + sand + animal manure in the ratio of 1 + 2 + 0.5. The number of seedlings in each pot was 2 to 3 kg, which was reduced to one seedling seventeen days after sowing the seeds in the stage of three to four leaves. KCl spraying and spraying began in the three to the four-leaf stage of the seedlings and lasted for about a month. The plants were kept in the greenhouse during the experiment with an average temperature of 25 ° C and relative humidity of 70%. At the end of the experiment, dry weight, fresh weight, chlorophyll, chlorophyll fluorescence, flavonoids, carotenoids, proline, phenol, total protein, abscisic acid, superoxide, and ascorbate peroxidase, antioxidants, and catalase were measured.

Result

The results showed that the effect of foliar application of potassium in all traits except chlorophyll fluorescence and superoxide dismutase was significant (P <0.01). According to the obtained results, ccontrol treatment increased the amount of antioxidants and catalase, but the application of K2 on most of the measured parameters, including dry weight, fresh weight, chlorophyll, flavonoids, carotenoids, proline, phenol, total protein, abscisic acid, and superoxide disodium showed a positive effect. In D3 with the addition of K2 the highest amount of phenol and protein was observed. Also, the content of abscisic acid in all treatments increased with the addition of K2 and the highest amount was observed in D3 which can be concluded that the use of potassium at a concentration of 6 mM Acceptable cut. According to the results obtained in this study, it can be stated that the plant tries to maintain its osmotic pressure in the face of drought stress, and this is done by increasing osmolites such as proline and antioxidant enzymes that help maintain plant cell pressure and torsion. Potassium application can reduce the adverse effects of drought stress by improving the activity of antioxidant enzymes and preserving chlorophyll. Thus, the cell continues its vital activities and ultimately produces more acceptable performance under these conditions. In other words, increasing the antioxidant activity in drought

1, 2 and 3- M.S Student, Associate Professor and M.S Student, Department of Horticulture, College of Agriculture, Isfahan University of Technology, Isfahan, Iran, respectively.
(*- Corresponding Author Email: mahyasajedimehr@ag.iut.ac.ir)

conditions along with the application of potassium leads to a higher inhibitory capacity of reactive oxygen species and production stability in these conditions. Therefore, to compensate for at least some harmful effects of stress and help the plant to return to normal growth conditions after re-irrigation, foliar application of such elements can be effective in drought resistance of the plant and play a role. Based on the findings of this study, it seems that the application of potassium with a concentration of 6 mM is the most effective.

Keywords: Antioxidant enzymes, Foliar application, Osmotic pressure, Polyethylene glycol, Stress

نشریه علوم باغبانی
https:// jhs.um.ac.ir

مقاله پژوهشی

جلد ۳۶، شماره ۳، پاییز ۱۴۰۱، ص. ۵۷۶-۵۶۳

تأثیر محلول‌پاشی پتاسیم بر بوته‌های خیار رقم 'Miran' تحت تنش خشکی

محیا ساجدی مهر[۱]*- مریم حقیقی[۲]- منیره محنت کش[۳]

تاریخ دریافت: ۱۳۹۹/۱۰/۱۶
تاریخ پذیرش: ۱۴۰۰/۰۳/۱۵

چکیده

تنش خشکی ناشی از افزایش پتانسیل اسمزی خاک به ویژه در گلخانه‌ها که مصرف کود زیاد است یکی از مشکلات کشت‌های گلخانه‌ای محسوب می‌شود. در پژوهش حاضر آزمایش فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی با سه غلظت پلی‌اتیلن‌گلایکول (صفر، ۱/۴۸- و ۴/۹۱- (دسی‌زیمنس بر متر) و استفاده (۶ میلی‌مولار) و عدم استفاده از کلریدپتاسیم جهت کاهش احتمالی اثر خشکی بر روی گیاه خیار انجام شد. صفات مورد مطالعه شامل وزن خشک، وزن تر، محتوی کلروفیل، کلروفیل‌فلورسانس، فلاونوئید، کاروتنوئید، پرولین، فنول، پروتئین کل، اسیدآبسیزیک، سوپراکسید و آسکوربات پراکسیداز، آنتی‌اکسیدان و کاتالاز بودند. نتایج بدست آمده، نشان داد که اثر محلول‌پاشی پتاسیم در تمام صفات به غیر از میزان کلروفیل‌فلورسانس و سوپراکسیددیسموتاز معنی‌دار ($p\leq0.01$) بود. با توجه به نتایج به دست آمده عدم استفاده از کلریدپتاسیم موجب افزایش میزان آنتی‌اکسیدان و کاتالاز گردید اما کاربرد کلریدپتاسیم روی اکثر پارامترهای اندازه‌گیری شده ازجمله میزان وزن خشک، وزن تر، کلروفیل، فلاونوئید، کاروتنوئید، پرولین، فنول، پروتئین کل، اسیدآبسیزیک، سوپراکسیددیسموتاز و آسکوربات پراکسیداز تأثیر مثبت نشان داد. در غلظت ۴/۹۱- دسی‌زیمنس بر متر با افزودن کلریدپتاسیم بیشترین میزان فنول و پروتئین مشاهده شد. همچنین محتوای اسیدآبسیزیک در تمام تیمارها با افزودن کلریدپتاسیم افزایش یافت و بیشترین میزان در غلظت ۴/۹۱- دسی‌زیمنس بر متر مشاهده شد. از این پژوهش می‌توان نتیجه گرفت کاربرد کلریدپتاسیم می‌تواند آثار سوء تنش خشکی را به میزان قابل توجهی، در شرایط مشابه بر روی خیارکاهش دهد.

واژه‌های کلیدی: آنتی‌اکسیدانی، اسیدآبسیزیک، پلی‌اتیلن‌گلایکول، فشار اسمزی

مقدمه

تنش خشکی از مهم‌ترین فاکتورهای محدودکننده رشد و تولید گیاهان محسوب شده و منجر به کاهش بیش از ۵۰ درصدی میانگین تولید اکثر محصولات در سرتاسر جهان می‌شود (Lata *et al*., 2011). این یک واقعیت شناخته شده است که فرآیندهای مختلف فیزیولوژیکی و متابولیکی در گیاه تحت تأثیر کمبود آب قرار می‌گیرد. به طور مثال، در تنش خشکی محتوای آب برگ (RWC) کاهش می‌یابد که معمولاً با از دست دادن آماس، پژمردگی و توقف بزرگ شدن سلول همراه می‌باشد. همچنین کاهش پتانسیل آب برگ باعث کاهش قابل توجه جذب عناصر غذایی مثل نیتروژن، فسفر و پتاسیم در گیاه در شرایط تنش خشکی می‌شود. کمبود عناصر غذایی تحت تنش خشکی باعث نقصان در رشد گندم (*Triticum aestivum* L.)، نخود (*Cicer arietinum* L.) و عدس (*Lens culinaris* L.) گردید (Ahmad *et al*., 2018). از سوی دیگر، فرآیندهای فتوسنتزی در گیاهان تا حد زیادی تحت تأثیر خشکسالی است. به دلیل بسته شدن روزنه‌ها در شرایط خشکسالی، مصرف دی‌اکسیدکربن متوقف می‌شود و گیاه قادر به گرفتن دی‌اکسیدکربن نیست. در شرایط تنش خشکی گونه‌های اکسیژن واکنش‌پذیر (ROS) به دلیل افزایش میزان اکسیژن داخل برگ تولید می‌شود و مشکلات جدی در داخل گیاهان ایجاد می کند (Ahmad *et al*., 2018). تنش خشکی تعادل بین دفاع آنتی اکسیدانی و میزان ROS را مختل می‌کند. به‌طورکلی یک ابزار مشهور در گیاهان در پاسخ به تنش خشکی ساخت آنزیم‌های آنتی اکسیدانی مانند پراکسیداز (POD)، کاتالاز (CAT)، اسکوربات

۱، ۲ و ۳- به‌ترتیب دانشجوی کارشناسی ارشد، دانشیار و دانشجوی کارشناسی ارشد گروه علوم باغبانی، دانشکده کشاورزی، دانشگاه صنعتی اصفهان، اصفهان، ایران
(*- نویسنده مسئول: (Email: mahyasajedimehr@ag.iut.ac.ir
DOI: 10.22067/jhs.2021.67249.0

پراکسیداز (APX)، سوپراکسید دیسموتاز (SOD) و گلوتاتیون پراکسیداز (GPx) است (Ahmad *et al.*, 2018). همچنین کمبود آب بر رشد سلول تأثیر منفی می‌گذارد و باعث جدا شدن پروتئین‌های غشایی (Jaleel *et al.*, 2009) و تغییرات در ساختار فیزیولوژیکی غشا می‌شود. در شرایط تنش خشکی رشد ریشه نسبت به اندام هوایی کمتر تحت تأثیر قرارمی‌گیرد بنابراین نسبت ریشه به ساقه افزایش می‌یابد (Ahmad *et al.*, 2018). در نتیجه درک واکنش گیاهان گوناگون به تنش آبی بسیار مهم است. اما پی‌بردن به راه‌های موثر افزایش مقاومت به تنش خشکی چندان آسان به‌نظر نمی‌رسد. پتاسیم از جمله عناصر ضروری برای تغذیه گیاه است که مسئول بسیاری از اقدامات فیزیولوژیکی گیاه ازجمله رشد، عملکرد و کیفیت مانند طعم است. بررسی‌ها نشان داده است که پتاسیم با کاهش اتلاف آب از گیاه به‌صورت تبخیر و تعرق، باعث مقاومت به خشکی شده و موجبات افزایش عملکرد را در شرایط تنش رطوبتی فراهم می‌آورد. تنظیم فشار اسمزی، تنظیم اسیدیته سلول، ساخت پروتئین‌ها و شرکت در فعال کردن بسیاری از آنزیم‌ها از جمله نقش‌های پتاسیم در گیاه می‌باشد (Ahmad *et al.*, 2018).

خیار (*Cucumis sativus* L.) یکی از سبزی‌های محبوب گلخانه‌ای در سراسر جهان است. این گیاه یک محصول فصل گرم بشمار می‌رود و در دمای ۲۴–۲۹ درجه سانتی‌گراد رشد مطلوبی دارد (Mohammadi and Omid, 2010). از آنجا که خیار یکی از محصولات عمده و پرمصرف در کشور است و به شرایط نامساعد، به‌ویژه تنش‌های آبی حساسیت زیادی دارد بنابراین تعیین و تأمین نیاز آبی این گیاه ضروری به نظر می‌رسد (Hasandokht, 2005). در مطالعه‌ای اثر مقادیر مختلف آب آبیاری را روی خیار مورد بررسی قرار دادند و به این نتیجه رسیدند که با افزایش میزان آب مصرفی میزان محصول تولیدی نیز افزایش ولی کیفیت محصول اندکی کاهش می‌یابد (Wang *et al.*, 1999). مائو و همکاران (Mao *et al.*, 2003) به این نتیجه رسیدند که اجزای عملکرد خیار گلخانه‌ای (وزن میوه، ارتفاع بوته، شاخص سطح برگ، قطر میوه و ساقه) تحت تأثیر حجم مصرفی آب است (Mao *et al.*, 2003). ایجاد محیط‌های مناسب و کنترل شده در جهت کاهش تبخیر و تلفات آبی یکی از سامانه‌های مدیریتی در جهت مصرف بهینه آب هست (Harmanto *et al.*, 2005). کشت گلخانه‌ای با کاهش تبخیر و افزایش رطوبت محیط، همچنین کاهش تغییرات دمایی در طول دوره کشت سبب افزایش کیفیت و کمیت محصول به ازای واحد آب مصرفی می‌شود. در شرایط تنش آبی آماس برگ کاهش یافته و کاهش سرعت نمو، رشد، طول ساقه، رشد برگ و قطر منافذ روزنه مشاهده شد. کاهش تورژسانس ممکن است با تقلیل اندازه سلول و کاهش سطح برگ همراه باشد. متعاقب کاهش سطح برگ در اثر تنش، جذب نور نیز کاهش یافته و ظرفیت کل فتوسنتزی گیاه کاهش می‌یابد (Hassani *et al.*, 2003). به‌طورکلی امروزه ارتباط بین غلظت عناصر غذایی در خاک با کیفیت میوه به خوبی روشن شده است (Barker and Pilbeam, 2007). کایا و همکاران (Kaya *et al.*, 2001) تأثیر تغذیه فسفر و پتاسیم را بر میزان عناصر غذایی و فعالیت‌های فیزیولوژیکی خیار و گوجه‌فرنگی رشد کرده در شرایط شور بررسی کرده و گزارش کردند که در شرایط بسیار شور (غلظت بالای کلریدسدیم) ، میزان ماده خشک و کلروفیل در هر دو گیاه کاهش می‌یابد. کاربرد فسفر و پتاسیم در شرایط شور باعث بهبود عملکرد ماده خشک و کلروفیل گیاه می‌شود. این محققان علت آن را تأثیر فسفر و پتاسیم در بهبود نفوذپذیری غشا دانستند (Kaya *et al.*, 2001).

محلول‌پاشی پتاسیم در ذرت، تعداد دانه‌ها و عملکرد دانه را در شرایط تنش خشکی به‌طور قابل توجهی بهبود بخشید (Shahzad *et al.*, 2017). محتوای آب بافت برگ با استفاده از پتاسیم به میزان قابل توجهی افزایش می‌یابد. از مطالعات قبلی مشهود بوده است که کاهش عملکرد دانه ناشی از تنش آبی توسط برنامه کودی پتاسیم مدیریت می‌شود. غلظت پتاسیم بافت با تولید زیست‌توده، عملکرد دانه و محتوای نسبی آب بسیار ارتباط دارد، غلظت پتاسیم نقش مهمی در تحمل تنش ناشی از آب و تثبیت عملکرد در برگ گیاه دارد. آزمایش‌های کنترل‌شده در هیدروپونیک نقش مثبت پتاسیم را در کاهش تنش خشکی در گندم زمستانه نشان داد. استفاده از کود پتاسیم در مقدار مناسب باعث افزایش اندازه میوه، عملکرد، رنگ میوه، کیفیت حمل و ماندگاری میوه می‌شود (Ahmad *et al.*, 2018).

استفاده از پلی‌اتیلن‌گلایکول (PEG) برای ایجاد تنش آبی در گیاهان مختلف زراعی به خوبی اثبات شده است. در بسیاری از گیاهان برای ایجاد تنش خشکی از PEG استفاده شده است و در مقالات متعدد به دلیل عدم تحرک، غیر یونی و غیر سمی بودن و عدم قابلیت نفوذ از آن به عنوان یک اسمولایت مؤثر و مناسب نام برده شده است با توجه به این‌که PEG توسط گیاه جذب نمی‌شود، غلظت آن در تمام مدت تنش ثابت می‌ماند و به همین جهت به عنوان بهترین تیمار برای تنش‌های اسموتیکی در مقایسه با دیگر اسمولایت‌ها از جمله مانیتول، شکر، نمک شناخته شده است (Rauf *et al.*, 2007).

ایران کشوری است که در منطقه جغرافیایی خشک و نیمه‌خشک قرارگرفته است. گیاهان موجود در این مناطق، در مراحل مختلف رشد خود در معرض تنش خشکی هستند. با توجه به اینکه خیار، به تنش‌های محیطی، به‌ویژه تنش‌های آبی حساسیت زیادی دارد بنابراین تعیین و تأمین نیاز آبی این گیاه ضروری به نظر می‌رسد. از طرفی عناصر غذایی می‌توانند در مقاومت گیاه به تنش‌های مختلف محیطی نقش به سزایی داشته باشند. از آنجا که پتاسیم وظایف مهمی

در متابولیسم گیاهان دارد؛ بنابراین این تحقیق جهت تعیین اثرات کاربرد این عنصر بر عملکرد و صفات فیزیولوژیک مهم خیار در شرایط تنش خشکی انجام گرفت.

مواد و روش‌ها

این پژوهش به‌منظور بررسی اثر محلول‌پاشی عنصر پرمصرف پتاسیم بر عملکرد و برخی صفات فیزیولوژیک خیار رقم 'Miran' در شرایط تنش خشکی، به‌صورت فاکتوریل در قالب طرح کاملاً تصادفی با ۳ تکرار در سال ۱۳۹۷ در گلخانه تحقیقاتی دانشکده کشاورزی، دانشگاه صنعتی اصفهان انجام شد. عوامل آزمایشی شامل سه غلظت صفر (D1)، ۱/۴۸- (D2) و ۴/۹۱- (D3) دسی‌زیمنس بر متر پلی‌اتیلن گلایکول ۶۰۰۰ که جهت ایجاد تنش خشکی و دو سطح کلریدپتاسیم شامل غلظت‌های صفر (K1) و ۶ میلی‌مولار (K2) با استفاده از نمک کلرید پتاسیم (KCl) بود. برای اعمال تنش خشکی به کمک تانسیومتر میزان آب گلدان اندازه‌گیری می‌شد و هنگامی که خشکی به زیر ظرفیت مزرعه (FC) می‌رسید آبیاری به وسیله پلی اتیلن‌گلایکول ۶۰۰۰ در غلظت‌های مشخص شده انجام می‌شد و هفته‌ای یک مرتبه هم محلول‌پاشی با کلریدپتاسیم در غلظت‌های صفر و ۶ میلی‌مولار انجام می‌گرفت (Anjum *et al.*, 2011).

کاشت بذور خیار در اواسط بهمن‌ماه به صورت مستقیم در درون گلدان‌های پلاستیکی پنج کیلوگرمی حاوی مخلوط خاک گلدان شامل خاک: ماسه:کود حیوانی به نسبت‌های ۰/۱:۲:۵ انجام شد. تعداد بذر در درون هر گلدان ۲ الی ۳ عدد بود که هفده روز پس از کاشت بذور در مرحله سه الی چهار برگی به یک گیاهچه کاهش یافت. اعمال تنش و پاشش کلریدپتاسیم در مرحله سه تا چهار برگی شدن نشاءها آغاز و حدود یک ماه به طول انجامید. گیاهان در طول مدت آزمایش در گلخانه با میانگین دمای روزانه ۲± ۲۵ و شبانه ۲±۱۸ درجه سانتی گراد و رطوبت نسبی ۷۰ درصد نگهداری می‌شدند. کلیه مراقبت‌های آبیاری طبق معمول کشت خیار انجام شد.

در پایان آزمایش پس از گذشت یک ماه، سبزینگی برگ توسط دستگاه کلروفیل‌سنج (SPAD-502 plus، ژاپن) از روی برگ‌های بالغ انتهای بالایی بوته اندازه‌گیری شد. رنگیزه‌ها توسط حلال استون ۱۰۰ درصد استخراج گردید و به کمک دستگاه اسپکتوفتومتر (UV-600A، ژاپن) میزان جذب نور در سه طول‌موج ۶۶۳، ۶۴۵ و ۴۷۰ نانومتر به ترتیب برای کلروفیل a و b و کاروتنوئید قرائت گردید (Arnon, 1949). در پایان آزمایش جهت اندازه‌گیری وزن‌تر و خشک شاخساره، پس از خارج کردن گیاهان از ظروف پلاستیکی ریشه آن‌ها شسته، با کمک چاقوی تیز از محل طوقه بخش هوایی و ریشه از هم جدا، و بخش شاخساره به کمک ترازوی دیجیتال توزین شدند. سپس شاخساره‌ها داخل پاکت‌های کاغذی قرار گرفتند و به مدت ۴۸ ساعت در آون ۷۰ درجه سانتی‌گراد خشک گردید و سپس با ترازوی دیجیتال توزین شدند. کارایی فتوشیمیایی سیستم نوری II (Fv/Fm)، با استفاده از دستگاه آنالیز کارایی گیاه (Plant Efficiency Analyzer) (ELE International، انگلستان) در ساعت ۱۰ تا ۱۳ اندازه‌گیری گردید (Arnon, 1949). برای تهیه محلول‌های پرولین استاندارد از پرولین خالص استفاده گردید. جهت کالیبره کردن دستگاه اسپکتروفتومتر (UV-600A، ژاپن) از غلظت‌های مختلف پرولین و از تولوئن خالص به عنوان شاهد استفاده شد و منحنی استاندارد رسم گردید. میزان جذب در طول‌موج ۵۲۰ نانومتر توسط دستگاه اسپکتروفوتومتر پس از تهیه نمونه‌ها انجام شد و غلظت پرولین نمونه‌ها برحسب میکرومول در گرم وزن‌تر نمونه محاسبه و بیان گردید برای اندازه‌گیری فلاونوئیدها از ترکیبات پایدار اسیدی در اثر واکنش آلومینیوم کلراید اضافه‌شده به عصاره گیاهی با گروه کتون C-4 و تشکیل گروه هیدروکسیل موجود روی C-3 یا C-4 فلاون‌ها یا فلاونول‌ها استفاده شد. جذب نوری ترکیبات حاصل در عصاره میوه و برگ توسط اسپکتروفتومتر قرائت شد (Askari and Ehsanzadeh, 2015).

اندازه‌گیری آنتی‌اکسیدان به شیوه‌ی DPPH (2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl) در طول‌موج ۵۱۸ نانومتر انجام شد. برای این منظور ابتدا ۰/۱ گرم از بافت برگ‌های جوان در نیتروژن مایع پودر شده و سپس با یک میلی‌لیتر بافر استخراج به طور کامل همگن شد. بافر استخراج حاوی پلی‌وینیل‌پیرولیدین یک درصد، نیم گرم تریتیونX100 و بافر فسفات‌سدیم ۱۰۰ میلی‌مولار بود. عصاره حاصل با سرعت ۱۲۰۰۰ دور در دقیقه، در دمای ۴ درجه‌ی سیلسیوس و به مدت زمان ۳۰ دقیقه سانتریفوژ شد. بخش بالایی عصاره برای اندازه گیری آنزیمی مورد استفاده قرار گرفت (Pennycooke *et al.*, 2005).

جذب کنترلی – جذب نمونه /جذب کنترل= درصد ممانعت کنترلی

برای اندازه‌گیری فنول عصاره برگ به شیوه فولین سیوکالتو با دستگاه اسپکتروفتومتر در طول‌موج ۷۶۰ نانومتر توسط دستگاه اسپکتروفوتومتر (UV-600A، ژاپن) قرائت شد (McAdam and Brodribb, 2016). اندازه‌گیری نشت یونی به روش زائو و همکاران (Zhao *et al.*, 2009) انجام شد. میزان نشت‌یونی دیسک برگی تهیه و سه بار با آب دیونیزه شستشو شدند و به مدت ۲۴ ساعت در دمای اتاق (۲۵ درجه سانتی‌گراد) قرار گرفتند و پس از ۲۴ ساعت میزان هدایت الکتریکی محلول توسط EC متر اندازه‌گیری شد (EC_1)، بعد از آن نمونه‌ها به مدت ۲۰ دقیقه در دمای ۱۲۰ درجه سانتی‌گراد در اتوکلاو قرار داده شد و بعد از سرد شدن مجدداً EC محلول اندازه-گیری شد (EC_2). سپس با استفاده از رابطه زیر میزان نشت‌یونی به دست آمد.

$$EL= (EC_1/ EC_2)\times 100$$

برای اندازه‌گیری پروتئین از روش بردفورد (۱۰) استفاده شد پس از تهیه نمونه‌ها، میزان جذب در طول‌موج ۵۹۵ نانومتر قرائت شد و براساس مقایسه با منحنی استاندارد، غلظت پروتئین برحسب میلی‌گرم بر میلی‌لیتر به دست آمد (Bradford, 1976). میزان غلظت عنصر پتاسیم از نمونه‌های گیاهی خشک استفاده و در مدت ۲۴ ساعت در کوره الکتریکی با دمای ۵۵۰ درجه سلسیوس خاکستر شدند. برای هضم نمونه‌ها از اسیدکلریدریک دو مولار استفاده شد و در نهایت به حجم ۵۰ میلی‌لیتر رسانیده شد. درنهایت با استفاده از دستگاه فلیم-فتومتر اندازه‌گیری شد.

با استفاده از روش احسان‌زاده و طباطبایی (Tabatabaei and Ehsanzadeh, 2016) و با ردیابی تجزیه پراکسیدهیدروژن در طول‌موج ۲۴۰ نانومتر، فعالیت آنزیم کاتالاز اندازه‌گیری شد. برای این منظور ۲/۹۵ میلی‌لیتر بافر فسفات سدیم ۵۰ میلی‌مولار (pH= ۷)، ۴/۵ میکرولیتر پراکسیدهیدروژن و ۰/۰۵ میلی‌لیتر از عصاره آنزیم مخلوط گردید (حجم نهایی محلول سه میلی‌لیتر بود). کاهش جذب نمونه به مدت یک دقیقه در دستگاه اسپکتروفوتومتر (UV-600A، ژاپن) قرائت شد.

فعالیت آنزیم پراکسیداز با اندازه‌گیری افزایش جذب در طول‌موج ۴۷۰ نانومتر انجام شد. بدین منظور سه میلی‌لیتر بافر فسفات‌پتاسیم ۱۰۰ میلی‌مولار (pH =۷) و ۴/۵۱ میکرولیتر از محلول پراکسیدهیدروژن و ۳/۳۵ گایاکول و ۰/۰۵ میلی‌لیتر عصاره درون کووت دستگاه اسپکتروفوتومتر (UV-600A، ژاپن) ریخته و خوب تکان داده شد، سپس در مدت ۲ دقیقه جذب نمونه در طول‌موج ۴۷۰ نانومتر قرائت گردید (Tabatabaei and Ehsanzadeh, 2016).

برای اندازه‌گیری آنزیم آسکوربات پراکسیداز از سه میلی‌لیتر بافر فسفات‌پتاسیم و ۴/۵۱ میکرولیتر محلول H_2O_2 و ۳/۳۵ گایاکول بدون عصاره به‌عنوان محلول کالیبره‌کننده دستگاه استفاده شد. فعالیت این آنزیم با استفاده از روش ناکانو و همکاران (Nakano and Asada, 1981) با طیف‌سنجی و با اندازه‌گیری کاهش جذب در طول‌موج ۲۹۰ نانومتر، در زمان ۳۰ ثانیه، تخمین زده شد. برای شروع واکنش، سه میلی‌لیتر بافر واکنش شامل فسفات‌سدیم ۱۰۰ میلی‌مولار، هیدروژن‌پراکسید ۰/۵ میلی‌مولار و محلول آسکوربات ۵ میلی‌مولار و ۰/۰۵ میلی‌لیتر عصاره آنزیمی مخلوط شدند (Tabatabaei and Ehsanzadeh, 2016).

فعالیت آنزیم سوپراکسیدازدیسموتاز به این صورت بود که مقدار ۰/۰۵ میلی‌لیتر از عصاره آنزیمی و سه میلی‌لیتر بافر واکنش شامل بافر فسفات ۱۰۰ میلی مولار همراه با متیونین ۱۳ میلی مولار، نیتروبلوتترازولیوم ۶۳ میکرومولار و ریبوفلاوین ۱/۳ میکرومولار اضافه شد. نمونه‌ها به مدت ۳۰ دقیقه در معرض نور لامپ فلورسنت ۳۰ وات قرار گرفت و پس از این مدت، شدت جذب نوری در طول‌موج ۵۶۰ نانومتر با استفاده از دستگاه طیف‌سنج اندازه‌گیری شد. فعالیت این آنزیم و فعالیت ویژه آن مشابه روش گفته شده برای آنزیم کاتالاز اندازه‌گیری شد (Rossi *et al*., 2015).

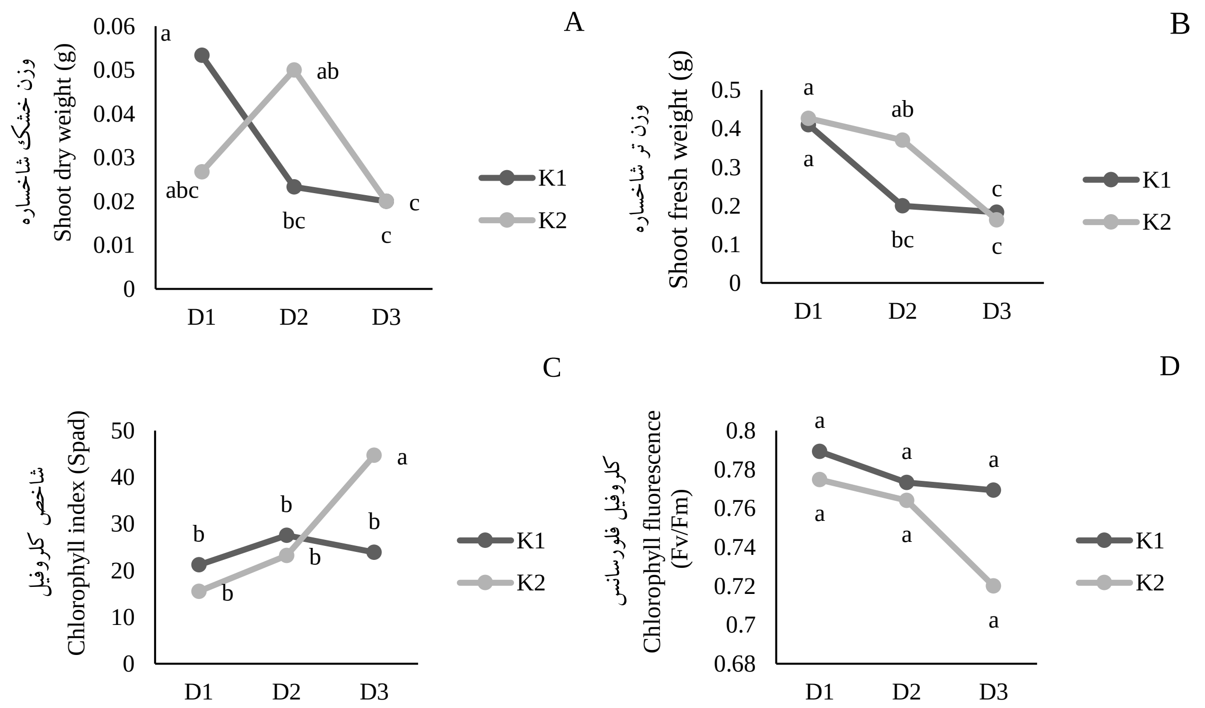
اندازه‌گیری محتوای اسیدآبسیزیک یک گرم بافت برگ با متانول ۸۰ درصد و ۰/۱ گرم پلی‌وینیل‌پیرولیدون در دمای چهار درجه سانتی‌گراد کاملاً یکنواخت و در ۴۰۰۰ دور به مدت ۱۵ دقیقه سانتریفیوژ و محلول رویی جدا شد و pH آن به ۸ رسانده شد. متانول توسط خلأ تبخیر و روی باقی‌مانده محلول مقدار ۵ میلی‌لیتر آب دیونیزه اضافه و حل گردید. این عمل دو بار دیگر تکرار شد. در انتها به آن اتیل‌استات اضافه گردید و مجدداً تبخیر در خلع صورت گرفت. بر رسوب باقی‌مانده یک میلی‌لیتر حاوی سه درصد متانول و ۰/۱ مول اسیداستیک اضافه و حل گردید. سپس از صافی ۰/۴۵ میلی‌متر عبور داده شد و به ستون فازمعکوس Diamonsic, C_{18}, 5µm به طول ۲۵ سانتی‌متر و قطر ۴/۶ میلی‌متر در دستگاه HPLC (Unicam-Crystal-200, UK) تزریق شد. فاز متحرک گرادیان متانول اسیداستیک با سرعت چهار میلی‌لیتر محلول در دقیقه به همراه دتکتور استفاده شد. از استاندارد اسیدآبسیزیک با خلوص ۹۹/۹۷ درصد ساخت کارخانه Sigma استفاده شد تا پیک خروجی با کالیبراسیون برای سنجش نمونه‌ی استخراجی مورد استفاده قرارگرفته. براساس سطح زیر منحنی و موقعیت آن در پیک‌های خروجی مقدار نمونه مجهول استخراجی تعیین شد (Farooq *et al*., 2009).

درنهایت داده‌ها با استفاده از نرم‌افزار Excel طبقه‌بندی و با برنامه آماری Statestix 8 آنالیز شد و مقایسه میانگین داده‌ها به کمک آزمون LSD، در سطح احتمال ۵ درصد محاسبه شد.

نتایج و بحث

اثر متقابل تنش خشکی و محلول‌پاشی پتاسیم بر وزن خشک شاخساره نشان داد که در D2 و D3 با افزودن K2 ابتدا افزایش و سپس کاهش یافت و با افزودن K1 همواره میزان وزن خشک اندام هوایی کاهش یافت (شکل ۱- A). همچنین مشاهده شد وزن‌تر اندام هوایی تحت تأثیر تنش خشکی همواره رو به کاهش بوده ولی میزان کاهش در D2 با افزودن K2 نسبت به سایر تیمارها کمتر بود (شکل ۱- B). یکی از پاسخ‌های اولیه به کمبود آب بسته شدن روزنه‌ها است که منجر به کاهش فتوسنتز و توانایی گیاه برای تولید ماده خشک می شود (Bahrami-Rad and Hajiboland, 2017). همچنین مطالعات نشان داد که تنش خشکی باعث کاهش RWC می‌شود که با نتایج این پژوهش همخوانی دارد و با افزایش تنش خشکی وزن‌تر گیاه نیز کاهش یافت. طبق مطالعات ثابت شده که تنش خشکی بر تولید محصول تأثیر منفی می‌گذارد درحالی‌که محلول‌پاشی پتاسیم باعث

کاهش خسارات ناشی از تنش خشک‌سالی می‌شود همان‌طور که در آزمایشی نشان داده شد که محلول‌پاشی اکسیدپتاسیم موجب افزایش رشد گیاه (طول بوته، تعداد برگ در بوته و وزن تازه برگ) همچنین افزایش عملکرد و کیفیت تحت تنش خشکی شد (Ahmad *et al.*, 2018). براساس نتایج آزمایشی دیگر تنش خشکی بر صفات رشد گندم اثر می‌گذارد درحالی‌که کاربرد خارجی پتاسیم باعث افزایش رشد و عملکرد گندم در شرایط خشکی شد (Shah *et al.*, 2017) براساس اثر متقابل تنش خشکی و محلول‌پاشی پتاسیم بیشترین میزان کروفیل در D3 و با افزودن K2 مشاهده شد (شکل ۱-C). این احتمال وجود دارد که خشکی با کاهش سطح برگ، باعث تجمع کلروفیل در سطح کمتر برگ‌ها و بنابراین افزایش غلظت آن شده باشد. افزایش میزان کلروفیل در اثر تنش خشکی در گلرنگ را گزارش شد (Movahhedi Dehnavi *et al.*, 2004). در سیب‌زمینی نیز افزایش فاصله بین دوره‌های آبیاری باعث افزایش محتوای کلروفیل شد (Khosravi-Far *et al.*, 2008). در کل می‌توان گفت زمانی که گیاه در معرض تنش خشکی قرار گیرد، محلول‌پاشی پتاسیم می‌تواند موجب افزایش کلروفیل شود یا به عبارتی از کاهش شدید کلروفیل جلوگیری کند و این امر سبب جلوگیری از کاهش فتوسنتز در اثر کاهش سبزینگی و در نتیجه رشد گیاه می‌شود و به این طریق به گیاه کمک می‌کند تا ثبات عملکرد خود را حفظ کند. میزان کلروفیل‌فلورسانس در تمام تیمارهای خشکی تحت تأثیر K2 نسبت به K1 کاهش یافت و کمترین میزان در D3 با افزودن K2 مشاهده شد (شکل ۱- D). هنگام وقوع تنش، تقسیم انرژی بین بخش‌های فلورسانس، فرود فتوشیمیایی و فرود غیرفتوشیمیایی یا اتلاف گرما تغییر می‌کند. در حقیقت هر عاملی که باعث کاهش فتوسنتز شود و یا برای سیستم تنش‌زا باشد، کلروفیل فلورسانس را افزایش می‌دهد. به نظر می‌رسد مقدار کلروفیل فلورسانس، تمامیت غشای تیلاکوئید و کارایی نسبی انتقال الکترون را از فتوسیستم II به فتوسیستم I نشان می‌دهد (Bilger and Björkman, 1994). رایت و همکاران (Wright *et al.*, 2009) افزایش کلروفیل فلورسانس را تحت تنش خشکی، نتیجه‌ی کاهش یکپارچگی غشاء تیلاکوئید عنوان کردند. همچنین در تحقیقی افزایش فلورسانس کلروفیل را تحت تنش خشکی در ارقامی از لوبیا گزارش کردند (Soheili Movahed *et al.*, 2017).



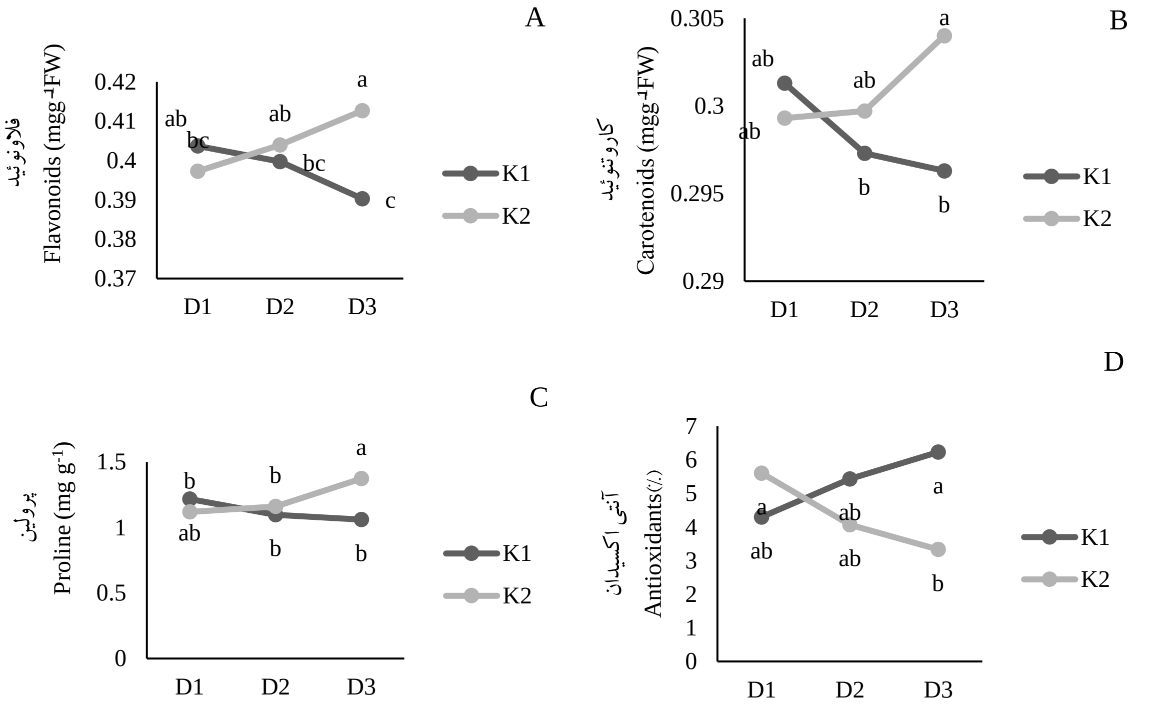
شکل ۱- اثرمتقابل تنش اسمزی × میزان پتاسیم بر وزن خشک شاخساره (A)، وزن‌تر شاخساره (B)، شاخص کلروفیل (C)، کلروفیل فلورسانس (D) خیار رقم ‘Miran’. صفر (D1)، ۱/۴۸- (D2) و ۴/۹۱- (D3) دسی‌زیمنس بر متر پلی‌اتیلن‌گلایکول؛ صفر (K1) و ٦ (K2) میلی‌مولار کلریدپتاسیم

Figure 1- The interaction effect of osmotic stress ×potassium content on shoot dry weight (A), shoot fresh weight (B), chlorophyll index (C), fluorescence chlorophyll (D) of cucumber cv. ‘Miran’. 0 (D1), -1.48 (D2), and -4.91 (D3) ds.m^{-1} polyethylene glycol; 0 (K1) and 6 (K2) mM KCl.

(LSD, *p≤0.05*)

برهمکنش محلول‌پاشی پتاسیم و تنش در مورد فلاونوئیدها نشان داد در تمام سطوح خشکی فلاونوئیدها و کاروتنوئیدها با افزودن K1 کاهش و با افزودن K2 افزایش می‌یابد (شکل ۲–A و B). رنگ‌دانه‌های فتوسنتزی عمل جذب و انتقال انرژی نور را به سامانه فتوسنتزی انجام می‌دهند. بنابراین جزء عوامل مؤثر متابولیک در فتوسنتز به شمار می‌روند (Anjum *et al*., 2011). مشخص‌شده که رادیکال‌های آزاد تولید شده در شرایط تنش خشکی نقش به سزایی در تخریب و کاهش مقدار کلروفیل در برگ دارند (Smirnoff, 1993). به نظر می‌رسد که افزایش کلروفیل و کاروتنوئیدها یک روش حفاظتی برای مقابله گیاه در برابر تنش خشکی باشد. فلاونوئیدها می‌توانند از تنش‌های اکسیداتیو جلوگیری کنند، به این معنا که توان پاک‌سازی گونه‌های فعال اکسیژن را دارند. بررسی میزان فلاونوئید در *Brassica napus* در شرایط تنش آبی نشان داد که این ماده به‌عنوان متابولیت ثانویه در گیاه افزایش می‌یابد (Sangtarash *et al*., 2009). به نظر می‌رسد در این آزمایش افزودن غلظت پتاسیم تأثیر مثبتی برافزایش فلاونوئیدها و کاروتنوئیدها طی تنش خشکی داشته است. اثر متقابل تنش خشکی و میزان پتاسیم نشان داد در D2 و D3 با افزودن K2 میزان پرولین افزایش ولی با افزودنK1 کاهش یافت (شکل ۲–C). خشکی نه تنها رشد و نمو گیاهان را کاهش می‌دهد، بلکه موجب تغییر در مسیر برخی فرآیندهای متابولیسمی نیز می‌گردد. در طی تنش خشکی دراز مدت، انتقال مواد به علت کاهش آب قابل‌دسترس، منجر به تغییر غلظت برخی متابولیت‌ها می‌شود. از سوی دیگر میزان مواد محلول سازگار به خشکی مانند قندها، قندهای الکلی، آمینواسیدهای ویژه نظیر پرولین، گلایسین و بتائین افزایش می‌یابد (Wu and Garg, 2003). قندهای محلول و پرولین نیز اسمولیت‌هایی هستند که با افزایش فشار اسمزی و نگهداری تورژسانس و نیز پایداری غشاها و پروتئین‌ها به گیاه در مقاومت به تنش خشکی کمک می‌کند (Sánchez *et al*., 1998). همچنین مطالعات نشان داده که محلول‌پاشی پتاسیم به‌طور معنی‌داری محتوای پرولین گیاه ماش را افزایش داد (Thalooth *et al*., 2006) و تنش باعث افزایش معنی‌دار مقادیر پرولین و قندهای آزاد محلول در گندم گردید (Dehqanzadeh *et al*., 2008) که با نتایج حاصل از این آزمایش مطابقت دارد. براساس نتایج در D2 و D3 با افزودن K1 میزان آنتی‌اکسیدان افزایش ولی با افزودن K2 کاهش یافت (شکل ۲–D). گیاهان به‌منظور مقابله با خسارات گونه‌های فعال اکسیژن در شرایط تنش خشکی، نیاز به یک سیستم آنتی‌اکسیدان فعال دارند (Stepien and Klobus, 2005). بسیاری از مطالعات نشان داده است که یک سیستم آنتی‌اکسیداتیو کارآمد به همراه افزایش تجمع پرولین در گیاه می‌تواند نقش مهمی در تحمل به خشکی ایفا کند (Xiao *et al*., 2008). فعالیت بسیاری از آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان در واکنش به تنش خشکی افزایش می‌یابد (Guo *et al*., 2006). طبق نتایج حاصل از این آزمایش افزودن استفاده از کلریدپتاسیم تأثیر منفی و عدم استفاده از کلریدپتاسیم (تیمار شاهد) تأثیر مثبت روی میزان آنتی‌اکسیدان‌ها داشته است که شاید مرتبط با این است که واکنش آنزیم کاتالاز در شرایط تنش خشکی متغیر بوده و می‌تواند افزایشی، کاهشی یا بدون تغییر باشد (Zhang and Kirkham, 1996).

براساس نتایج اثر متقابل خشکی و محلول‌پاشی پتاسیم، در D3 با افزودن K2 بیشترین میزان فنول مشاهده شد اما در D1 وD2 تفاوت معنی‌داری مشاهده نشد (شکل ۳–A). بسیاری از ترکیبات فنلی به‌عنوان آنتی‌اکسیدان عمل می‌کنند و می‌توانند به‌طور مؤثری رادیکال‌های گروه هیدروکسیل و پروکسیل را حذف کنند و از اکسید شدن چربی‌ها ممانعت به عمل آورند (Boscaiu *et al*., 2010). در سیب‌زمینی شیرین نیز کاهش ترکیبات فنلی در اثر تنش خشکی گزارش شده است (Lin *et al*., 2006). در تریتیکاله، تنش خشکی باعث افزایش مقدار تولید ترکیبات فنلی در ارقام حساس شد، اما در ارقام مقاوم این تغییرات ناچیز بود (Hura *et al*., 2007). به نظر می‌رسد در این پژوهش اثر متقابل خشکی و کاربرد پتاسیم تأثیری اندکی بر میزان فنول داشته است. ترکیبات فنلی همچون پالاینده‌های گونه‌های واکنشگر اکسیژن عمل می‌کنند و در نتیجه سبب ثبات غشاهای سلولی و مانع پراکسیداسیون لیپیدها می‌شود. از سوی دیگر، با افزایش فعالیت و میزان آنزیم بیوسنتزکننده فنل‌ها موجب افزایش ترکیبات فنلی در گیاه می‌گردد (Hura *et al*., 2007). همچنین نتایج نشان داد تیمار شاهد در مقابل تیمار استفاده از کلریدپتاسیم موجب کاهش پروتئین کل می‌شود یعنی پروتئین کل با استفاده از کلریدپتاسیم و در D3 بیشترین میزان را دارا بود (شکل ۳–B). کاهش میزان پروتئین در گیاه تحت تنش خشکی را می‌توان به افت شدید فرآیند فتوسنتز و متعاقب آن کاهش پیش‌ماده‌های تولیدکننده پروتئین نسبت داد. تنش خشکی بیان ژن‌های کدکننده پروتئازهای درون سلولی را القاء می‌کند و سبب تجزیه پروتئین‌ها و تحرک مجدد نیتروژن و متعاقب آن سنتز مواد محلول سازگار از جمله پرولین می‌شود. به همین دلیل به‌نظر می‌رسد کاهش محتوای پروتئین تحت تنش خشکی با کاهش سنتز پروتئین و افزایش فعالیت آنزیم‌های تجزیه کننده پروتئین مرتبط باشد. بنابراین با تخریب پروتئین‌ها، انباشت برخی آمینواسیدهای آزاد در جهت حفظ و تنظیم فشار اسمزی سلول در شرایط تنش خشکی مشاهده شده است (Moran *et al*., 1994). پتاسیم نقش اساسی در فعالسازی آنزیمی، سنتز پروتئین، تنظیم اسمزی، تعادل کاتیونی–آنیونی و تحمل تنش دارد.

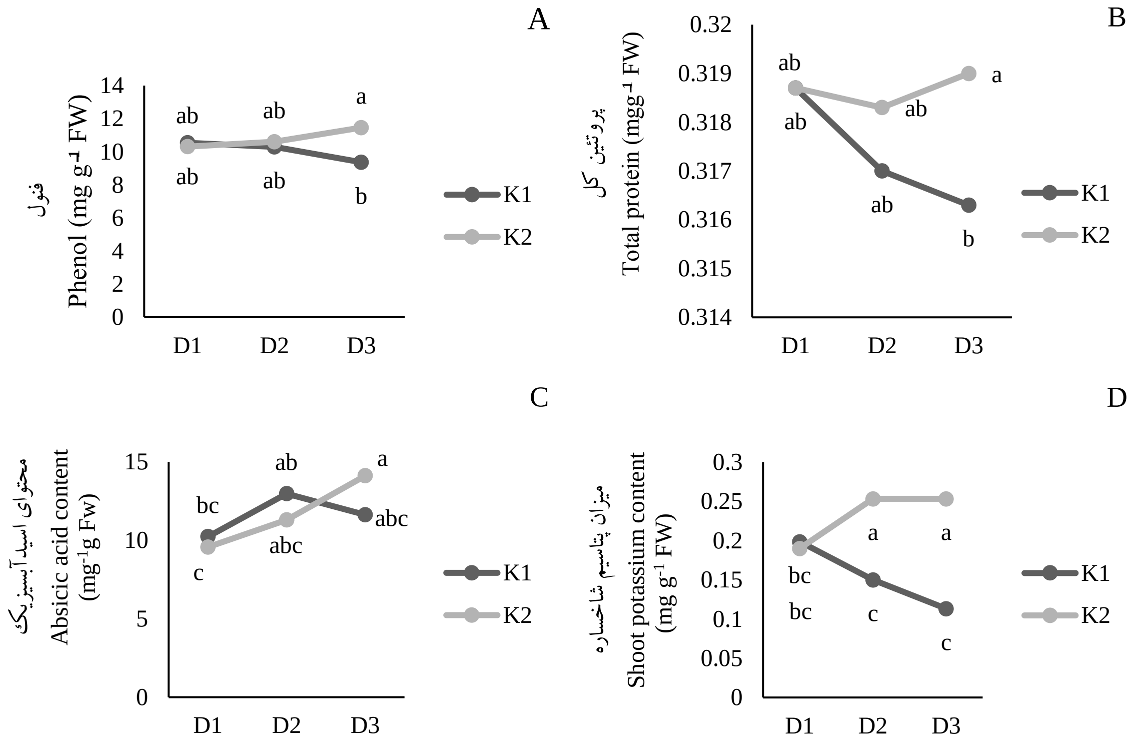


شکل ۲- اثر متقابل تنش اسمزی × میزان پتاسیم بر محتوی فلاونوئید (A)، کاروتنوئید (B)، پرولین (C)، آنتی‌اکسیدان (D) خیار رقم ‘Miran’.
صفر (D1)، ۱/٤٨- (D2) و ٤/٩١- (D3) دسی‌زیمنس بر متر پلی‌اتیلن گلایکول؛ صفر (K1) و ٦ (K2) میلی‌مولار کلریدپتاسیم

Figure 2- The interaction effect of osmotic stress ×potassium content on flavonoids (A), carotenoids (B), proline (C), antioxidants (D) contents of cucumber cv. ‘Miran’. 0 (D1), -1.48 (D2), and -4.91 (D3) ds.m^{-1} polyethylene glycol; 0 (K1) and 6 (K2) mM KCl.
(LSD, *p≤0.05*)

در هنگام پروتئین‌سازی، دخالت پتاسیم در فرآیندهایی مانند جابجایی اسیدهای‌آمینه و اتصال tRNA به ریبوزوم دلیلی افزایش پروتئین تحت تنش بیان شده است. بنابراین وجود پتاسیم کافی نیز با توجه به نقشی که در حفظ پتانسیل آبی گیاه و جلوگیری از هدر رفتن آب دارد، در شرایط تنش آبی، سبب حفظ فعالیت فتوسنتزی و جلوگیری از کاهش شدید فتوسنتز و تولید مواد فتوسنتزی می‌گردد که با نتایج حاصل از این آزمایش هم (Daneshian *et al.*, 2002) مطابقت دارد. محتوای اسیدآبسیزیک در تمام تیمارها با افزودن K2 افزایش یافت و بیشترین میزان در D3 مشاهده شد (شکل ۳-C). یکی از مهم‌ترین وظایف اسیدآبسیزیک القاء بسته شدن روزنه‌ها در مواجهه با کمبود آب است. تحت شرایط کمبود آب، سطح اسیدآبسیزیک در ریشه‌ها افزایش می‌یابد و از ریشه‌ها به برگ‌ها جایی که بسته شدن روزنه را القاء می‌کند، انتقال می‌یابد. در نتیجه با بسته‌شدن روزنه‌ها تعرق کم می‌شود. علاوه بر این کمبود آب افزایش تولید اسیدآبسیزیک در برگ‌ها و توزیع مجدد آن از مزوفیل به اپیدرم و بسته شدن روزنه‌ها را به دنبال دارد. از طرفی روزنه‌ها نیز قادر به ساخت اسیدآبسیزیک موردنیاز خود هستند. مطالعات گسترده نشان داده است که کاهش در هدایت روزنه‌ای برگ تا حد زیادی به افزایش سطح اسیدآبسیزیک در آوند چوبی بستگی دارد. بنابراین اسیدآبسیزیک می تواند به‌عنوان یک علامت تنش خشکی، هدایت روزنه‌ای را تنظیم کند (Zhang and Davies, 1991). نقش پتاسیم را می‌تواند در کمک به تنظیم اسمزی در شرایط تنش رطوبتی دانست که با دخالت در سنتز اسمولیت‌ها برای سازگاری با تنش و حفظ فشار تورژسانس، نقش خود را اجرا می‌کنند که به نظر می‌رسد با نتایج حاصل از این پژوهش مطابقت دارد.

براساس نتایج بدست آمده در این پژوهش در D2 وD3 و عدم استفاده از کلریدپتاسیم میزان پتاسیم شاخساره روند کاهشی داشت و در همین دو تنش با استفاده از کلریدپتاسیم میزان پتاسیم شاخساره افزایش یافت (شکل ۳-D). میزان پتاسیم با افزایش خشکی در K2 افزایش و در K1 در شاخساره کاهش یافت (شکل ۳-D).

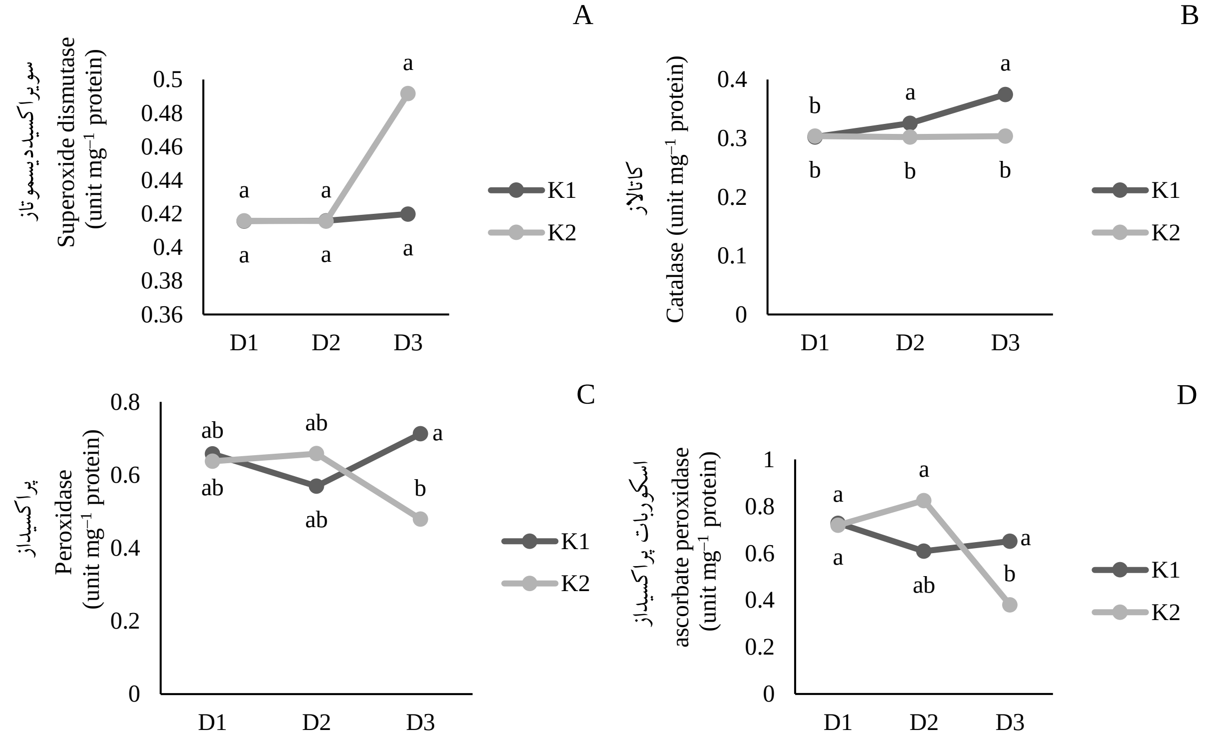


شکل ۳- اثرمتقابل تنش اسمزی × میزان پتاسیم بر محتوی فنول (A)، پروتئین کل (B)، اسیدآبسیزیک (C)، پتاسیم شاخساره (D) خیار رقم ’Miran‘. صفر (D1)، ۱/٤٨- (D2)و ٤/٩١- (D3) دسی‌زیمنس بر متر پلی‌اتیلن‌گلایکول؛ صفر (K1) و ٦ (K2) میلی‌مولار کلریدپتاسیم

Figure 3- The interaction effect of osmotic stress ×potassium content on phenol (A), total protein (B), abscisic acid (C), shoot potassium (D) contents of cucumber cv. ‘Miran’. 0 (D1), -1.48 (D2), and -4.91 (D3) ds.m^{-1} polyethylene glycol; 0 (K1), 6 (K2) mM KCl.
(LSD, *p≤0.05*)

براساس نتایج اثرمتقابل خشکی و محلول‌پاشی پتاسیم، افزودن K1 اثر معنی‌داری بر میزان آنزیم سوپراکسیددیسموتاز نداشت اما افزودن K2 در D3 به‌طور معنی‌داری باعث افزایش این آنزیم شد (شکل ۴–A). در مطالعات قبلی افزایش فعالیت آنزیم پراکسیداز در برگ‌های سیب تحت تنش خشکی اثبات شده است (Ahmad *et al.*, 2018). بررسی اثر متقابل K2 بر آنزیم کاتالاز در هیچ یک از تیمارهای خشکی تأثیر چندانی نداشت ولی افزودن K1 در D3 موجب افزایش آنزیم کاتالاز شد (شکل ۴–B). طبق نتایج حاصل از اثرمتقابل خشکی و محلول‌پاشی پتاسیم، در تیمار شاهد (عدم استفاده از کلرید پتاسیم) به ترتیب در D2 و D3 میزان آنزیم پراکسیداز و آسکوربات پراکسیداز ابتدا کاهش و سپس افزایش یافت اما با افزودن K2 ابتدا افزایش و سپس کاهش یافت (شکل ۴–C و D). آنزیم آسکوربات پراکسیداز سبب احیای پراکسیدهیدروژن به آب می‌شود. شواهدی نیز مبنی بر افزایش (Moradi and Abdelbdghi, 2007) و کاهش (Demiral and Turkan, 2005) فعالیت آنزیم آسکوربات‌پراکسیداز در شرایط تنش وجود دارد. به طورکلی یک ابزار مشهور در گیاهان در پاسخ به تنش خشکی ساخت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی مانند SOD، CAT، POD، APX و GPX است. آنزیم پراکسیداز در شرایط تنش خشکی با حذف پراکسید هیدروژن و حذف مالون‌دی‌آلدئید که باعث پراکسیداسیون غشاء می‌شود نقش مهم و کلیدی را در شرایط تنش خشکی ایفا می‌کند. از طرفی APX در پاسخ به تعدادی از تنش‌های محیطی از قبیل شوری، خشکی و سرما فعال می‌شود. همچنین، ممکن است تحت شرایط تنش فعالیت برخی از آنزیم‌ها افزایش و فعالیت برخی دیگر کاهش یابد. به عبارتی بهتر افزایش تنش لزوماً به منزله افزایش تمام ظرفیت‌های آنتی‌اکسیدانی گیاه نیست (Ahmad *et al.*, 2018). به نظر می‌رسد اثر متقابل تنش خشکی و محلول‌پاشی پتاسیم بر آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی در این مطالعه با مطالعات قبلی مطابقت دارد. محققان در طی پژوهش‌های خود به این نتیجه رسیده‌اند که تنش خشکی از طریق اختلال در جذب پتاسیم و کاهش مقدار آن در سطح سلول سبب القای تنش اکسیداتیو می‌شود و کاربرد پتاسیم در چنین شرایطی تا حد زیادی تولید گونه‌های اکسیژن واکنش‌گر را کاهش می‌دهد (Ahmad *et al.*, 2018). به‌عبارتی

کاربرد پتاسیم برای گیاهان رشد یافته در تنش خشکی، از طریق افزایش محتوای پتاسیم و کلروفیل و بهبود فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی قادر به حفظ پایداری غشا، کاهش نشت یونی و تجزیه‌ی کلروفیل ناشی از تنش بود (Ahmad *et al*., 2018).



شکل ٤- اثرمتقابل تنش اسمزی × میزان پتاسیم بر محتوی سوپراکسید دیسموتاز (A)، کاتالاز (B)، پراکسیداز (C)، اسکوربات پراکسیداز (D) خیار رقم 'Miran'. صفر (D1)، ۱/٤٨- (D2) و ٤/٩١- (D3) دسی‌زیمنس بر متر پلی‌اتیلن‌گلایکول؛ صفر (K1) و ٦ (K2) میلی‌مولار کلریدپتاسیم

Figure 4- The interaction effect of osmotic stress ×potassium content on superoxide dismutase (A), catalase (B), peroxidase (C), ascorbate peroxidase (D) contents of cucumber cv. 'Miran'. 0 (D1), -1.48 (D2), and -4.91 (D3) ds.m^{-1} polyethylene glycol; 0 (K1) and 6 (K2) mM KCl.
(LSD, *p≤0.05*)

نتیجه‌گیری

با توجه به نتایج به‌دست‌آمده در این بررسی، می‌توان اظهار داشت که گیاه در مواجهه با تنش خشکی سعی در حفظ فشار اسمزی خود دارد و این کار را با افزایش اسمولیت‌هایی ازجمله پرولین و آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی که به حفظ فشار و تورژسانس سلول‌های گیاه کمک می‌کنند. کاربرد پتاسیم می‌تواند با بهبود فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی و حفظ کلروفیل آثار سوء تنش خشکی را کاهش دهد بدین ترتیب سلول به فعالیت‌های حیاتی خود ادامه می دهد و در نهایت عملکرد قابل قبول‌تری در این شرایط تولید می‌کند. به عبارتی در شرایط تنش خشکی با افزایش فعالیت آنتی‌اکسیدانی، کاربرد پتاسیم منجر به مهار بیشتر گونه‌های فعال اکسیژن واکنش‌گر و ثبات عملکرد در این شرایط می‌شود. کاربرد کلریدپتاسیم ۶ میلی-مولار روی اکثر پارامترهای اندازه‌گیری شده از جمله میزان وزن خشک، وزن‌تر، کلروفیل، فلاونوئید، کاروتنوئید، پرولین، فنول، پروتئین کل، اسیدآبسیزیک، سوپراکسیددیسموتاز و آسکوربات پراکسیداز تأثیر مثبت نشان داد. در غلظت ۴/۹۱- دسی‌زیمنس بر متر با افزودن کلریدپتاسیم ۶ میلی‌مولار بیشترین میزان فنول و پروتئین مشاهده شد. همچنین استفاده از کلریدپتاسیم در تمام تیمارها محتوای اسیدآبسیزیک را افزایش داد و بیشترین میزان آن در غلظت ۴/۹۱- دسی‌زیمنس بر متر مشاهده شد که می‌توان نتیجه گرفت آثار سوء تنش خشکی در خیار با استفاده از پتاسیم به میزان قابل توجهی، کاهش می‌یابد.

منابع

1- Ahmad, Z., Anjum, S., Waraich, E.A., Ayub, M.A., Ahmad, T., Tariq, R.M.S., Ahmad, R., & Iqbal, M.A. (2018). Growth, physiology, and biochemical activities of plant responses with foliar potassium application under drought stress–a review. *Journal of Plant Nutrition 41*(13): 1734-1743. https://doi.org/10.1080/01904167.2018.1459688.

2- Anjum, S.A., Xie, X.Y., Wang, L.C., Saleem, M.F., Man, C., & Lei, W. (2011). Morphological, physiological and biochemical responses of plants to drought stress. *African Journal of Agricultural Research 6*(9): 2026-2032. https://doi.org/10.5897/AJAR10.027.

3- Arnon, D.I. (1949). Copper enzymes in isolated chloroplasts. Polyphenoloxidase in *Beta vulgaris*. *Plant Physiology* 24: 1-15.

4- Askari, E., & Ehsanzadeh, P. (2015). Drought stress mitigation by foliar application of salicylic acid and their interactive effects on physiological characteristics of fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.) genotypes. *Acta Physiologiae Plantarum 37-4*(2): 6. https://doi.org/10.1007/s11738-014-1762-y.

5- Barker, A.V., & Pilbeam, D.J. (2007). *Handbook of plant nutrition*. CRS Press, Taylor and Francis Group. Boca Raton.

6- Bates, L.S., Waldren R.P., & Teare, I.D. (1973). Rapid determination of free proline for water-stress studies. *Plant and Soil 39*(1): 205-207. https://doi.org/10.1007/BF00018060.

7- Bilger, W., & Björkman, O. (1994). Relationships among violaxanthin deepoxidation, thylakoid membrane onformation, and nonphotochemical chlorophyll fluorescence quenching in leaves of cotton (*Gossypium hirsutum* L.). *Planta 193*(2): 238-246. https://doi.org/10.1007/BF00192536.

8- Bahrami-Rad, S., & Hajiboland, R. (2017). Effect of potassium application in drought-stressed tobacco (*Nicotiana rustica* L.) plants. Comparison of root with foliar application. *Annals of Agricultural Sciences 62*(2): 121-130. https://doi.org/10.1016/j.aoas.2017.08.001.

9- Boscaiu, M., Sánchez, M., Bautista, I., Donat, P., Lidón, A., Llinares, J., Llul C., Mayoral, O., & Vicentem O. (2010). Phenolic compounds as stress markers in plants from gypsum habitats. *Horticulture 67*(1): 44-49.

10- Bradford, M.M. (1976). A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Analytical Biochemistry 72*(1-2): 248-254. https://doi.org/10.1016/0003-2697(76)90527-3.

11- Daneshian, J., Hrvan, A. M., & Jonoubi, P. (2002). The effect of drought stress and different amounts of potassium on quantitative and qualitative characteristics of soybean. *Journal of Agriculture Science 8*(1): 95-108.

12- Dehqanzadeh, H., Khajehpour, M.R., Heidari Sharif Abad, H., & Soleimani, A.S. (2008). *Effect of limited irrigation on the accumulation of proline, free soluble sugars and potassium in bread wheat cultivars*. In 10th Iranian Congress of Agronomy and Plant Breeding Sciences.

13- Demiral T., & Turkan, I. (2005). Comparative peroxidation, antioxidant defense systems and proline content in roots of two rice cultivars differing in salt tolerance. *Environmental and Experimental Btany* 53: 247-257. https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2004.03.017

14- Farooq, M., Wahid, A., Kobayashi, N., Fujita, D.B., & Basra, S.M.A. (2009). Plant drought stress: effects, mechanisms and management. Springer, Dordrecht. https://doi.org/10.1007/978-90-481-2666-8_12.

15- Guo, Z., Ou, W., Lu, S., & Zhong, Q. (2006). Differential responses of Antioxidative system to chilling and drought in four rice cultivars differing in sensitivity. *Plant Physiology and Biochemistry* 44: 828-836. https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2006.10.024.

16- Harmanto V.M., Salokhe M.S., and Babel H.J. (2005). Water requirement of drip irrigated tomatoes grown in greenhouse in tropical environment. *Agricultural Water Management* 71: 225-242. https://doi.org/10.1016/j.agwat.2004.09.003.

17- Hamada, A.M., & EL-enany, A.E. (1994). Effect of NaCl salinity on growth, pigment and mineral element contents, and gas exchange of broad bean and pea plants. *Biologia Plantarum* 36: 75-81. https://doi.org/10.1007/BF02921273.

18- Hasandokht, M. (2005*). (Greenhouse Management) Greenhouse production technology*. Knowledge Boundary Publications. Tehran. (In Persian)

19- Hassani, A., Omid Beigi, R., & Heidari Sharifabad, H. (2003). The effect of different levels of soil moisture on growth, yield and accumulation compatibility metabolites in basil. *Journal of Soil and Water Sciences 17*(2): 210-219.

20- Hura, T., Grzesiak, S., Hura, K., Thiemt, E., Tokarz, K., & Wędzony, M. (2007). Physiological and biochemical tools useful in drought-tolerance detection in genotypes of winter triticale: accumulation of ferulic acid correlates with drought tolerance. *Annals of Botany 100*(4): 767-775. https://doi.org/10.1093/aob/mcm162.

21- Jaleel, C.A., Paramasivam, A., Wahid, M. Farooq, H.J., Al-Juburi, F., & Panneerselvam, R. (2009). Drought stress in plants: A review on morphological characteristics and pigment compositions. *International Journal of Agriculture and Biology* 11: 100–105. https://doi.org/ 08–305/IGC-DYT/2009/11–1–100–105.

22- Kaya, C., Kirnak, H., & Higgs, D. (2001). Effects of supplementary potassium and phosphorus on physiological

development and mineral nutrition of cucumber and pepper cultivars grown at high salinity (NaCl). *Journal of Plant Nutrition 24*(9): 1457-1471. https://doi.org/10.1081/PLN-100106995.

23- Khosravi-Far, S., Yarnia, M., Khorshidi Benam, M.B., & Hossein-Zade Moghbeli, A.H. (2008). *Effect of potassium on drought tolerance in potato variety Agria*. In: Proc 10th Ir. Agron and Plants Breed Cong, 358p. (In Persian)

24- Lata, C., Jha, S., Dixit, V., Sreenivasulu, N., & Prasad, M. (2011). Differential antioxidative responses to dehydration-induced oxidative stress in core set of foxtail millet cultivars (*Setaria italica* L.). *Protoplasma 248*(4): 817-828. https://doi.org/10.1007/s00709-010-0257-y.

25- Lin, K.H., Chao, P.Y., Yang, C.M., Cheng, W.C., Lo, H.F., & Chang, T.R. (2006). The effects of flooding and drought stresses on the antioxidant constituents in sweet potato leaves. *Botanical Studies 47*(4): 417-426.

26- Mao, X., Liu, M., Wang, X., Liu, C., Hou, Z., & Shi, J. (2003). Effects of deficit irrigation on yield and water use of greenhouse grown cucumber in the North China Plain. *Agricultural Water Management* 61: 219-228. https://doi.org/10.1016/S0378-3774(03)00022-2.

27- McAdam, S.A., & Brodribb, T.J. (2016). Linking turgor with ABA biosynthesis: implications for stomatal responses to vapor pressure deficit across land plants. *Plant Physiology 171*(3): 2008-2016. https://doi.org/10.1104/pp.16.00380.

28- Mohammadi, A., & Omid, M. (2010). Economical analysis and relation between energy inputs and yield of greenhouse cucumber production in Iran. *Applied Energy 87*(1): 191-196. https://doi.org/10.1016/j.apenergy.2009.07.021.

29- Moradi, F., & Abdelbdghi, M.I. (2007). Responses of photosynthesis, cholorophyll fluorescence and ROS-scavenging systems to salt stress during seedling and reproductive stages in rice. *Annals of Botany* 99: 1161-1173. https://doi.org/10.1093/aob/mcm052.

30- Moran, J.F., Becana, M., Ormaetxe, I.I., Frechilla, S.L., Klucasc, R.V., & Tejo, D.A. (1994). Drought induces oxidative stress in pea plants. *Planta* 194: 346-352. https://doi.org/10.1007/BF00197534.

31- Movahhedi Dehnavi, M., Modarres Sanavi, A.M., Soroush-Zade, A., & Jalali, M. (2004). Changes of proline, total soluble sugars, chlorophyll (SPAD) content and chlorophyll fluorescence in safflower varieties under drought stress and foliar application of zinc and maganese. *Biaban 9*(1): 93-110.

32- Nakano, Y., & Asada, K. (1981). Hydrogen peroxide is scavenged by ascorbate-specific peroxidase in spinach chloroplasts. *Plant Cell Physiology* 22: 867-880. https://doi.org/10.1093/oxfordjournals.pcp.a076232.

33- Pennycooke, J.C., Cox, S., & Stushnoff, C. (2005). Relationship of cold acclimation, total phenolic content and antioxidant capacity with chilling tolerance in petunia (*Petunia× hybrida*). *Journal of Experimental Botany* 53: 225-232. https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2004.04.002.

34- Rauf, M., Munir, M., Hassan, M., Ahmad, M., & Afzal, M. (2007). Performance of wheat genotypes under osmotic stress at germination and early seedling growth stage. *African Journal of Biotechnology 6*(8): 68-73.

35- Rossi, L., Francini, A., Minnocci, A., & Sebastiani, L. (2015). Salt stress modifies apoplastic barriers in olive (*Olea europaea* L.): a comparison between a salt-tolerant and a salt-sensitive cultivar. *Scientia Horticulturae* 192: 38-46. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2015.05.023.

36- Sánchez, F.J., Manzanares, M., de Andres, E.F., Tenorio, J.L., & Ayerbe, L. (1998). Turgor maintenance, osmotic adjustment and soluble sugar and proline accumulation in 49 pea cultivars in response to water stress. *Field Crops Research 59*(3): 225-235. https://doi.org/10.1016/S0378-4290(98)00125-7.

37- Sangtarash, M.H., Qaderi, M.M., Chinnappa, C.C., & Reid, D.M. (2009). Carotenoid differential sensitivity of canola (*Brassica napus*) seedlings to ultraviolet-B radiation, water stress and abscisic acid. *Environmental and Experimental Botany 66*(2): 212-219. https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2009.03.004.

38- Shah, T., Khan, A.Z., Numan, M., Ahmad, W., Zahoor, M., Ullah, M., & Jalal, A., (2017). Nutrient uptake and yield of wheat varieties as influenced by foliar potassium under drought condition. *Cercetari Agronomice in Moldova 50*(2): 5-20. https://doi.org/10.1515/cerce-2017-0011.

39- Shahzad, A.N., Fatima, N., Sarwar, S., Bashir, M., Rizwan, M.F., Qayyum, M.K., Qureshi, M., Javaid, H., & Ahmad, S. (2017). Foliar application of potassium sulfate partially alleviates pre-anthesis drought-onduced kernel abortion in maize. *International Journal of Agriculture and Biology 19*(3):495–501.

40- Smirnoff, N. (1993). The role of active oxygen in the response of plants to water deficit and desiccation. *New Phytologist* 27-58-62. https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.1993.tb03863.x.

41- Soheili Movahed, S., Esmaeeli, A., Jabari, F., & Fooladi, A. (2017). Evaluation of yield and yield Components of some pinto bean (*Phaseolus vulgaris* L.) genotypes under late season water deficit conditions, *Journal of Agroecology 9*(2): 433-444. (In Persian with English abstract)

42- Stepien, P., & Klobus, G. (2005). Antioxidant defense in the leaves of C3 and C4 plants under salinity stress. *Plant Physiology* 125: 31-40. https://doi.org/10.1111/j.1399-3054.2005.00534.x.

43- Tabatabaei, S., & Ehsanzadeh, P. (2016). Photosynthetic pigments, ionic and antioxidative behaviour of hulled tetraploid wheat in response to NaCl. *Photosynthetica* 54: 340-350. https://doi.org/10.1007/s11099-016-0083-3.

44- Thalooth, A.T., Tawfik, M.M., & Mohamed, H.M. (2006). A comparative study on the effect of foliar application

of zinc, potassium and magnesium on growth, yield and some chemical constituents of mungbean plants grown under water stress conditions. *World Journal of Agricultural Sciences 2*(1): 37-46.

45- Wang, X., Li, D., & Zahang, X. (1999). Relationship between irrigation amount and yield of cucumber in Solor greenhouse. *China Vegetables Journal* 1: 1-6.

46- Wright, H., Delong, J., Lada, R. & Prange, R. 2009. The relationship between water status and chlorophyll a fluorscence in grapes (*Vitis* spp.). Postharvest Biology and Technology 51: 193–199. https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2008.07.004.

47- Wu, R., & Garg, A. (2003). Engineering rice plants with trehalose-producing genes improves tolerance to drought, salt, and low temperature. ISB news report 3-7.

48- Xiao, X., Xu, X., & Yang, F. (2008). Adaptive responses to progressive drought stress in two *Populus cathayana* populations. *Silva Fennica 42*(5): 705-719.

49- Zhang, J., & Kirkham, M.B. (1996). Antioxidant responses to drought in sunflower and sorghum seedlings. *New Phytologist* 132: 361-373. https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.1996.tb01856.x.

50- Zhang1991, J., & Davies, W.J. (1991). Antitranspirant activity in xylem sap of maize plants. *Journal of Experimental Botany 42*(3): 317-321. https://doi.org/10.1093/jxb/42.3.317.

51- Zhao, D. Y., Shen, L., Fan, B., Liu, K.L., Yu, M.M., Zheng, Y., Ding, Y., & Sheng, J.P. (2009). Physiological and genetic properties of tomato fruits from 2 cultivars differing in chilling tolerance at cold storage. *Journal of Food Science 74*(5): 348-352. https://doi.org/10.1111/j.1750-3841.2009.01156.x.